Journal of Horticultural Science
https://jhs.um.ac.ir

Research Article
Vol. 36, No. 4, Winter 2023, p. 803-815

Effect of Different Light Spectra on Photosynthesis Yield of *Hypoestes phyllostachya*

D. Kazemi[1], M. Dehestani-Ardakani [2*]

Received: 28-04-2021 Revised: 10-09-2021 Accepted: 14-09-2021 Available Online: 30-01-2023	**How to cite this article:** Kazemi, D., & Dehestani-Ardakani, M. (2023). Effect of Different Light Spectra on Photosynthesis Yield of *Hypoestes phyllostachya*. *Journal of Horticultural Science 36*(4): 803-815. (In Persian with English abstract) **DOI**: 10.22067/jhs.2021.70123.1046

Introduction

Different aspects of light including intensity, quality (spectra), and duration (photoperiod) can influence plant growth and development. The growth and development of ornamental plants are also influenced by light intensity and quality. Energy saving in greenhouse production has received much attention lately. One reason for the interest in utilizing light quality to modulate plant growth and morphology is the recent development of light-emitting diodes (LEDs) as a lighting source in greenhouse production. Such small diodes can easily be placed close to the canopy and can be used to apply a narrow-band light spectrum to the plants. Specific requirements for light spectral distribution for specific processes like morphogenesis, photosynthesis, chlorophyll and anthocyanin synthesis have been determined in different species. The aim of the current study was to investigate the biophysical properties of chlorophyll fluorescence of *Hypoestes phyllostachya* plants in response to different light spectra.

Materials and Methods

Research experiments were conducted on *Hypoestes phyllostachya* in a completely randomized design with six treatments of different light quality and three replications. The seeds were planted in plugs and in a mixture of 70% peat moss and 30% perlite. Seedlings were grown in natural greenhouse (control) and LED (100% Blue, 15% Blue +85% Red, 30% Blue +70% Red, 15% Blue +65% Red + 20% White and 30% Blue +50% Red + 20% White). Since the main goal of the study was to compare the effect of LED light quality with sunlight in conventional greenhouse conditions. The LED treatments were applied from fourth month old seedlings until five weeks in a growth chamber with the light/dark regime of 15/9 hours, 23±5°C temperature, and 65±5% relative humidity. While, their pots in the greenhouse with 55±5 $mol.m^{-2}.d^{-1}$ DLI, 21±5°C average daily temperature and 65±5% relative humidity (Data logger 8808 temp. + RH) were regarded as the control treatment. After five weeks, the fluorescence chlorophyll was measured.

Selected leaves were dark-adapted prior to the measurements and OJIP protocol was applied using a fluorometer (FluorPen FP 100-MAX, photon system instruments, Drasov, Czech Republic). The fluorescence measurement was performed using a saturating. FluorPen software was used to extract data from the original measurement. Data extracted were used to analyze the following data according to the equations of the JIP test: fluorescence intensities at 50 µs (F 50 µs, considered as the F0), 2 ms (J-step denoted as FJ), 60 ms (I-step, FI), and maximum fluorescence intensity (FM, FP). The JIP-test was used to quantify the amount of energy that flow via the PSII. Performance index was measured on the absorption basis (PI_{ABS}, a multi-parametric expression). Probability that a trapped exaction promote an electron in electron transport chain (ETC) beyond the primary acceptor Quinone (QA−), maximum quantum efficiency of PSII (FV/FM), specific energy fluxes per reaction center (RC) for energy absorption (ABS/RC), trapped energy flux (TR0/RC), electron transport flux (ET0/RC) and dissipated energy flux (DI0/RC) were calculated according. Finally, the data were statistically analyzed with SAS (9.4) software package, and the means were compared by LSD test at $p < 0.05$ level.

1 and 2- M.Sc. Student and Associate Professor, Department of Horticultural Sciences, Faculty of Agriculture & Natural Resources, Ardakan University, Ardakan, Iran, respectively.
(*- Corresponding Author Email: mdehestani@ardakan.ac.ir)

Results and Discussion

Fast Chl fluorescence induction curves (OJIP) was the main parameters used for the screening of different light treatments. OJIP test is shown to be a proxy to detect PSII bioenergetics and indicates changes in the status and function of PSII reaction centers, antenna, as well as in donor and acceptor sides of PSII. The maximum quantum yield of PSII (FV/FM) and relative maximal variable fluorescence (F_m/F_0), significantly increased in 15% Blue +85% Red, 30% Blue +70% Red, 15% Blue +65% Red + 20% White. PI_{ABS}, one of the OIJP test parameters that provide valuable awareness about photosynthtic performance, considerably decreased under control and 30% Blue +50% Red + 20% White treatment. Unlike PI_{ABS}, ET0/RC did not show a significant difference under different treatments. The specific energy fluxes per RC for energy absorption (ABS/RC) significantly increased under control and 30% Blue +50% Red + 20% White treatment. TR0/RC increased in plants under control and 30% Blue +50% Red + 20% White treatment. Treated plants under 15% Blue +85% Red and 30% Blue +70% Red showed the lowest in dissipated energy flux (DI0/RC). During an ideal condition without any additional stress, the total PSII pool can be completely inactivate and retrieve without a detectable photoinhibition.

Conclusion

When plants exposed to 100% Blue and 30% Blue +50% Red + 20% White treatments as well as in control plants, F_M/F_0, F_V/F_M and PI_{ABS} significantly decreased. Also ABS/RC, TR0/RC and DI0/RC, significantly increased.

Keywords: Leaf chlorophyll fluorescence, Light quality, Light spectra, Plantlet, Photosynthesis

نشریه علوم باغبانی
https://jhs.um.ac.ir

مقاله پژوهشی
جلد ۳۶، شماره ۴، زمستان ۱۴۰۱، ص. ۸۱۵-۸۰۳

اثر طیف‌های مختلف نور بر کارایی فتوسنتز گیاه گل سنگ (*Hypoestes phyllostachya*)

داوود کاظمی[۱]- مریم دهستانی اردکانی[۲*]

تاریخ دریافت: ۱۴۰۰/۰۲/۰۸
تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۰۶/۲۳

چکیده

کیفیت نور دریافتی توسط برگ‌ها بر فتوسنتز گیاه تاثیر می‌گذارد. در پژوهش حاضر اثر طیف‌های مختلف نور بر کارایی فتوسنتز گیاه گل سنگ (*Hypoestes phyllostachya*) مورد بررسی قرار گرفت. در این تحقیق با استفاده از آزمون OJIP که از روش‌های دقیق محاسبه کارایی فتوسنتز در گیاه می‌باشد، اثرات طیف نور بر فتوسنتز تجزیه و تحلیل شد. آزمایش در بهار سال ۹۹ در گلخانه تجاری با شش اتاقک رشد مجهز به نور معمولی گلخانه (شاهد)، ۱۰۰ درصد نور آبی، ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید، روی دانهال‌های چهار برگی گیاه آپارتمانی گل سنگ در قالب طرح کاملاً تصادفی انجام شد. پس از دو ماه قرارگیری گیاهان در زیر نورهای مختلف با دوره نوری ۱۲ ساعت روشنایی و تاریکی با شدت نوری ۲۵۰ میکرومول بر مترمربع بر ثانیه، پارامترهای بیوفیزیک فتوسنتزی بررسی شد. بیشترین میزان شاخص حداکثر کارایی کوانتومی فتوسیستم II و حداکثر فلورسانس متغیر نسبی (F_M/F_0) در تیمارهای نوری ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید+ ۷۰ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید حاصل شد. میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC) در گیاهان تحت تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید نور سفید و نیز شاهد بیشتر از سایر تیمارها بود. میزان گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش (TR_0/RC) و انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC) در گیاهان تحت تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و نیز شاهد افزایش یافت. شاخص عملکرد بر پایه جذب انرژی نورانی در تیمار ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز بالاتر بود به‌طوری‌که ۷۴/۲۵ درصد بیشتر از شاهد بود. نتایج پژوهش حاضر نشان داد که تیمارهای نوری ترکیبی مخصوصاً ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز بیشترین تاثیر را در افزایش کارایی فتوسنتز و نور آبی و شاهد کمترین تاثیر را داشتند.

واژه‌های کلیدی: فتوسنتز، فلورسانس کلروفیل برگ، کیفیت نور، طیف نور، نشاء

مقدمه

نور از جنبه‌های مختلف مانند شدت، کیفیت و طول دوره روشنایی برای گیاهان اهمیت دارد. کیفیت نور می‌تواند تغییرات فیزیوـوژیکی، مورفویـوژیکی و آناتومیکی متعددی را در گیاهان باعث شود (Morrow, 2007). نور تنها منبع تامین انرژی برای فتوسنتز در گیاه نیست، بلکه سیگنال مهم تأثیرگذار در مراحل رشد و تکوین گیاه از جوانه‌زنی تا گلدهی می‌باشد (Heijde and Ulm, 2012). مکانیسم دقیق اثر طیف‌های مختلف نور بر واکنش‌های گیاهی هنوز به صورت کامل شناخته نشده است. با این وجود، پذیرنده‌های نوری متعددی که در واکنش‌های گیاه به طیف‌های مختلف نور نقش دارند، شناخته شده‌اند (Hogewoning *et al*., 2010). گیاهان در تمام طول عمر خود از جوانه‌زنی تا تولید گل و بذر به نور نیاز دارند (Runkle and Blanchard, 2010; Strasser *et al*., 2000). طی رشد گیاهان، وجود منبع نور خورشید یا نور مصنوعی ضروری است (Kim *et al*., 2004). سه عامل موثر بر رشد گیاه شامل مدت، کمیت (شدت) و کیفیت (طیف) نور می‌باشند (Yeh and Chung, 2009). شاخص‌هایی مثل ارتفاع گیاه، طول میانگره، تعداد انشعابات و اندازه برگ تحت تاثیر کمیت و کیفیت نور قرار می‌گیرند (Fan *et al*.,

۱ و ۲- به‌ترتیب دانشجوی کارشناسی ارشد و دانشیار گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی و منابع طبیعی، دانشگاه اردکان، اردکان، ایران
(*- نویسنده مسئول: Email: mdehestani@ardakan.ac.ir)
DOI: 10.22067/jhs.2021.70123.1046

2013).

پاسخ‌دهی گیاهان در برابر نور موجود در محیط رویش، به عملکرد رنگدانه‌های نورساختی (فتوسنتزی) و رنگدانه‌های گیرندۀ نور بستگی دارد و سطح فعالیت رنگدانه‌های یادشده در حضور طیف‌های مختلف نور، متفاوت از یکدیگر است (Franklin and Whitelam, 2005) و بیشترین تأثیر مربوط به حضور نورهای آبی و قرمز اعلام شده است که می‌تواند در رشد و سلامت گیاهان نقش مثبت ایفا کند (Nhut *et al*., 2003). تاکنون گزارش‌هایی مبنی بر تأثیر مثبت افزایش مدت زمان حضور نور بر بهبود وضعیت رشد برخی از گیاهان زینتی ارائه شده است اما چگونگی تأثیر طیف‌های اختصاصی نور و سطح شدت نور بر چگونگی رشد رویشی نشای گیاهان زینتی کمتر مورد توجه قرار گرفته است (Fukuda *et al*., 2016). نور قرمز برای توسعه دستگاه فتوسنتز و تجمع نشاسته مهم است (Saebo *et al*., 1995)، نور آبی در تشکیل کلروفیل، توسعه کلروپلاست، دهانه روزنه و فوتومورفوژنز مهم است (Whitelam and Akoyunoglou and Anni, 1984 ; Halliday, 2008). به نظر می‌رسد که ظرفیت فتوسنتزی و تولید زی‌توده در حالتی که طیف نور آبی جزئی از طیف تابشی را تشکیل می‌دهد، افزایش می‌یابد. تحقیقات پیشین نشان داده‌اند که گیاه قادر به تکمیل چرخه زندگی خود تحت تابش نور قرمز به تنهائی می‌باشد ولی در صورتی که همراه با نور قرمز نور تکمیلی آبی نیز به گیاه تابانده شود، گیاهان حاصله از این شرایط بزرگتر و با عملکرد بیشتر می‌باشند (Goins *et al*., 1997). قرار دادن برگ‌های گیاه برگ بیدی در معرض نور آبی باعث کاهش مقدار فتوسنتز خالص و دی‌اکسید کربن درونی نسبت به نور شاهد (ترکیب نور قرمز (۹۰ درصد) و آبی (۱۰ درصد) گردید. علی‌رغم بهبود هدایت روزنه‌ای توسط نور آبی، اثر این نور بر فتوسنتز خالص منفی بود (Aliniaeifard and Seifi Kalhor, 2017). در بررسی پارامترهای بیوفیزیک فتوسنتزی گل رز رقم سامورایی، بالاترین شاخص جذب انرژی و نرخ انتقال الکترون نسبت به مرکز واکنش در نور قرمز حاصل شد (Bayat *et al*., 2020).

در پژوهشی تشکیل جوانه‌های گل و طویل شدن ساقه در گل داودی شاخه بریده رقم 'Zembla' تحت تأثیر نور تکمیلی طیف آبی (B) با استفاده از دیودهای پخش کننده نور مورد بررسی قرار گرفت. نتایج نشان داد که تحت نور ترکیبی RB (۱۱ ساعت نور ترکیبی قرمز و آبی)، سرعت آسیمیلاسیون خالص به سرعت افزایش یافت، سپس در زیر نور B کمی کاهش یافت و در نهایت در تاریکی به مقادیر منفی کاهش یافت. طول نهایی ساقه بیشترین میزان رشد را در گیاهان تحت RB + LB (۱۱ ساعت نور ترکیبی RB و سپس ۱۳ ساعت نور B) داشت و پس از آن تحت تاثیر LRB + B (۱۵ ساعت نور ترکیبیRB و سپس ۴ ساعت نور B تکمیلی)، RB + B (۱۱ ساعت نور RB مخلوط و سپس ۴ ساعت نور B تکمیلی) و سپس تیمار RB (۱۱ ساعت نور ترکیبی قرمز و آبی) قرار گرفت. با این حال، جوانه‌های گل تکامل یافته فقط تحت تیمارهای RB و RB+B تشکیل شدند (Kalaji *et al*., 2016).

گیاه گل سنگ یا هیپوستس گیاهی آپارتمانی با نام علمی *Hypoestes phyllostachya* متعلق به خانواده Acanthaceae و بومی ماداگاسکار می‌باشد. هیپوستس گیاهی بوته‌ای با برگ‌های تخم مرغی سبز تیره با نقطه‌هایی به رنگ صورتی متمایل به قرمز یا آبی می‌باشد. از اواخر تابستان تا زمستان خوشه انتهایی سنبله مانند به‌طول ۱۶ سانتی‌متر که از گل‌های صورتی تشکیل شده روی آن ظاهر می‌شود. گل‌ها قابل توجه نبوده و به خاطر برگ‌های رنگی آن کشت و کار می‌شود (Ghasemi Ghehsareh and Kafi, 2015).

استفاده از ویژگی‌های مختلف نور در گیاه گل سنگ تاکنون مورد بررسی قرار نگرفته است. روشی که بتوان با استفاده از نور مناسب در گلخانه و یا خانه گیاهانی با کیفیت بهتر تولید نمود. در پژوهش حاضر تاثیر طیف‌های مختلف نور بر خصوصیات بیوفیزیک فتوسنتز گیاه گل سنگ مورد بررسی قرار گرفت تا مشخص شود که طیف‌های مختلف نور چگونه بر بخش‌های مختلف فتوسنتز تاثیر می‌گذارند.

مواد و روش‌ها

این پژوهش در بهار سال ۱۳۹۹ در یک گلخانه تجاری واقع در شهرستان نجف آباد (استان اصفهان) در قالب طرح کاملاً تصادفی با شش تیمار کیفیت متفاوت نور شامل نور طبیعی گلخانه به‌عنوان شاهد، نور ال‌ای‌دی شامل : ۱۰۰ درصد نور آبی، ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و سه تکرار روی گیاه هیپوستس در گلخانه انجام شد. بذرهای نسل اول هیپوستس در سینی کشت حاوی ۳۰ درصد پرلایت و ۷۰ درصد پیت-ماس در گلخانه با دمای روز ۲۲ و دمای شب ۱۸ درجه سانتی‌گراد و رطوبت نسبی ۵۰-۶۵ درصد کشت شدند و پس از چهار ماه به گلدان با قطر دهانه ۱۲ سانتی‌متر حاوی ۶۰ درصد خاک برگ، ۳۰ درصد خاک لوم باغچه و ۱۰ درصد پرلیت انتقال داده شدند. در هر گلدان یک دانهال کشت شد (همه دانهال‌های یک اندازه انتخاب شدند) و هر گلدان به‌عنوان یک تکرار در نظر گرفته شد. پس از اطمینان از شرایط آغاز به رشد گیاهان، گلدان‌ها به اتاقک‌های رشد انتقال داده شدند و تحت تیمارهای مذکور قرار گرفتند. در طول دوره رشد درجه حرارت ۵ ± ۲۳ سانتی‌گراد، میزان رطوبت نسبی ۵ ± ۶۵٪ و دوره نوری ۱۵ ساعت روشنایی (۷ صبح تا ۱۰ شب) و ۹ ساعت تاریکی به‌طور منظم کنترل شدند. در اتاقک رشد از لامپ‌های ال‌ای‌دی قرمز (۶۶۵-۶۵۵ نانومتر)، آبی (۴۵۵-۴۵۰ نانومتر) و سفید استفاده شد. لامپ‌های ال‌ای‌دی روی صفحات پلکسی‌گلس نصب شدند و با

کمک یونولیت اتاقک‌هایی (محفظه‌هایی) بـه ابعـاد ۱۵۰×۱۱۰×۱۰۰ سانتی‌متر درون گلخانه ساخته شد. شدت نور برای هر اتاقک، در هـر تیمار ال‌ای‌دی ۵ ± ۱۲۰ میکرومول بر مترمربع بر ثانیه در نظر گرفتـه شد و به کمـک دسـتگاه پـارمتر (مـدل Apogee, MQ500, USA) تنظیم شد. برای ارزیابی هم‌زمان گیاهان در گلخانه (به‌عنوان شاهد و نور طبیعی با مقدار نور تجمعی روزانه ۵ ± ۱۵ مول بر مترمربع در روز، میانگین دما در طی شبانه روز ۵ ± ۲۳ درجـه سـانتی‌گـراد و رطوبـت نسبی ۵ ± ۶۵ درصد (Data logger 8808 temp.+ RH) نیز کشت شدند. آبیاری گلدان‌ها بـه‌صـورت روزانـه انجـام شـد. در طـول دوره نگهداری، گلدان‌ها یک مرتبه توسط اسید هیومیک کوددهی شدند. در پایان، پنج هفته پس از انتقال گیاهان به اتاقک‌های رشد، خصوصیات فلئورسانس کلروفیل اندازه‌گیری شد.

برای اندازه‌گیری ویژگی‌هـای مـرتبط بـا فتوسـنتز، خصوصـیات فلئورسانس کلروفیل با استفاده از دستگاه فلئورپن[1] ارزیابی شدند. برای این منظور ابتدا گیاهان درون هر اتاقک، با توجه به پروتکـل دسـتگاه فلئورپن به‌مدت بیست دقیقه در تاریکی قرار گرفتند تا به این شـرایط سازگار شوند. پس از سازگاری در تاریکی، برگ و سـاقه آن بلافاصـله برای اندازه‌گیری حـداکثر کـارایی کوانتـومی فتوسیسـتم II (Fv/Fm) بررسی شدند. اطلاعات ذخیـره شـده دسـتگاه در زمـان انـدازه‌گیـری استخراج شده و با نرم افزار فلئورپن تجزیه و تحلیل گردید.

تست OJIP (آنالیز لحظه‌ای القای فلئورسـانس کلروفیـل) بـرای بررسـی تفـاوت بیـوفیزیکی و پدیـده شناسـی مربـوط بـه وضـعیت فتوسیستم II با استفاده از دستگاه PAR-fluorPen FP 100-MAX در برگ‌های جوان توسعه یافته که حداقل ۲۰ دقیقه در تاریکی سازگار شـده بودنـد محاسـبه شـد. بعـد از سـازگاری در تـاریکی، حـداقل فلئورسانس وقتی تمامی مراکز واکنش فتوسیستم II، بـاز هسـتند در ۵۰ میکروثانیه (F_0)، شدت فلئورسـانس در مرحلـه J در ۲ میلـی‌ثانیـه (F_J)، شدت فلئورسانس در مرحلـه I در زمـان ۶۰ میلـی‌ثانیـه (F_I)، و حداکثر فلئورسانس وقتی تمـام مراکـز واکـنش فتوسیسـتم II، بسـته هستند بین ۳۰۰ میلی‌ثانیه تا یک ثانیه (F_M)، شدت فلئورسانس متغیر (F_V)، فلئورسانس متغیر نسبی در مرحله حد واسـط J (V_J؛ رابطـه ۱)، فلئورسانس متغیر نسبی در مرحله حد واسط I (V_I؛ رابطه ۲)، حـداکثر فلئورسـانس متغیـر نسـبی (F_M/F_0)، حـداکثر کـارایی فتوسیسـتم II (F_V/F_M یا Φ_{P0}؛ رابطه ۳)، میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکـنش (ABS/RC؛ رابطـه ۴)، میـزان گـرفتن الکتـرون بـه ازای هـر مرکـز واکنش (TR_0/RC؛ رابطه ۵)، انتقال الکترون به ازای هر مرکز واکنش (ET_0/RC؛ رابطه ۶)، انرژی اتلاف شده بـه ازای هـر مرکـز واکـنش (DI_0/RC؛ رابطه ۷) و شاخص عملکرد جذب انرژی (PI_{ABS}؛ رابطه ۸) محاسبه شد. محاسبات با استفاده از نرم‌افـزار PAR-Fluorpen ورژن ۱ انجام شد (Strasser *et al*., 2000).

داده‌های حاصل با استفاده از نرم افزار SAS نسخه‌ی ۹/۱ تجزیه گردید و میانگین‌ها با آزمون چنددامنه‌ای دانکـن در سـطح احتمـال ۵ درصد مورد مقایسه قرار گرفتند.

رابطه ۱) $V_J= (F_J-F_0)/(F_M-F_0)$

رابطه ۲) $V_I= (F_I-F_0)/(F_M-F_0)$

رابطه ۳) $\Phi_{P0}= 1- (F_0/F_m)$ یا Fv/Fm

رابطه ۴) $ABS/RC=M_0.(1/V_J).(1/\varphi P_0)$

رابطه ۵) $TR_0/RC= M_0.(1/V_J)$

رابطه ۶) $ET_0/RC= M_0. (1/V_J).\Psi_0$

رابطه ۷) $DI_0/RC= (ABS/RC)-(TR_0/RC)$

رابطه ۸) $PI_{ABS} = \frac{RC}{ABS} \times \frac{\varphi P0}{1-\varphi P0} \times \frac{\psi 0}{1-\psi 0}$

نتایج و بحث

در پژوهش حاضر داده‌هـای فلورسـانس کلروفیـل بـا اسـتفاده از آزمون OJIP مورد تجزیه و تحلیل قرار گرفت. این آزمون با توجه بـه جریان الکترون در غشا تیلاکوئید توسـعه یافتـه اسـت. بـا اسـتفاده از آزمون OJIP می‌توان کارایی فازهای بیوفیزیکی بین مراحل مختلـف سیستم انتقال الکترون را بررسی نمود. آزمون OJIP می‌توانـد بـرای بررسی عملکرد دستگاه فتوسنتزی در پاسخ بـه تـنش‌هـای محیطـی مختلف مورد استفاده قرار گیرد (Kalaji *et al*., 2016; Nhut *et al*., 2003). از آزمون OJIP به‌عنوان شاخصی برای مطالعه پاسخ گیاهـان به شرایط محیطی استفاده می‌شود (Baker, 2008).

نتایج جدول تجزیه واریانس نشان داد که شاخص حداکثر کـارایی کوانتومی فتوسیستم II (F_V/F_M یا ΦP_0) در تیمارهای مختلف نـوری در سطح احتمال یک درصد معنی‌دار بود (جدول ۱). بیشـتـرین میـزان آن در تیمارهای نوری ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نـور قرمـز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید حاصل شد که به‌ترتیـب ۱۰، ۱۲/۸۵ و ۱۰ درصد بیشتر از شاهد بود (شکل ۱). پارامتر F_V/F_M بیانگر حداکثر کارایی کوانتوم فتوسیستم II است که در آن نور توسـط گیرنـده‌هـای نوری فتوسیستم II جذب می‌شود. بنابراین از شـاخص‌هـای عملکـرد فتوسنتز گیاه می‌باشد (Baker and Rosenqvist, 2004). در شرایط بدون تنش میزان F_V/F_M گیاه بین ۰/۷۵ تا ۰/۸۵ متغیر است (Baker and Rosenqvist, 2004). در پژوهش حاضر همه داده‌هـای مربـوط به F_V/F_M در دامنه طبیعی قرار داشت. نتـایج حاصـله نشـان داد کـه بیشترین کارایی کوانتومی فتوسیستم مربوط به تیمارهای ترکیبی نـور آبی و قرمز می‌باشد که با نتایج یو و همکاران (Yu *et al*., 2017) که بالاترین کارایی را در نور قرمز گزارش کردنـد، مطابقـت نشـان نـداد. حداکثر عملکرد کوانتومی فتوشیمی PSII به‌طور گسترده‌ای به‌عنـوان

1- FluorPen

شاخص مناسب برای ارزیابی تأثیر نشانه‌های محیطی بر دستگاه فتوسنتز پذیرفته شده است (Lee *et al*., 2016). انرژی نوری که توسط مولکول‌های کلروفیل جذب می‌شود به سه روش می‌تواند خاموش شود: فتوشیمیایی، اتلاف گرما و فلورسانس. مقدار بسیار کمی از انرژی نور جذب شده توسط فلورسانس آزاد می‌شود و بخش بزرگی از نور جذب شده برای هدایت فتوسنتز استفاده می‌شود که از آن به عنوان خاموش کننده فتوشیمیایی یاد می‌شود. نتایج پژوهش حاضر در زمینه حداکثر کارایی کوانتومی فتوسیستم II، تائید می‌کند که توسعه دستگاه فتوسنتزی به شدت نور و بلوغ برگ‌ها وابسته است (Prioul *et al*., 1980). کاهش حداکثر کارایی کوانتومی فتوسیستم II، زمانی اتفاق می‌افتد که عمل و ساختار PSII در اثر تنش آسیب دیده باشد (Souza *et al*., 2004). تحت شرایط تنش، مکانیزم‌های حفاظتی ممکن است به غشا آسیب وارد سازند (Souza *et al*., 2004). قرار گرفتن در معرض شدت نورهای مختلف می‌تواند جذب انرژی نورانی توسط دستگاه PSII را تغییر داده و در نهایت منجر به تغییر در فلورسانس کلروفیل شود (Lichtenthaler *et al*., 2005; Rapacz *et al*., 2015).

در مطالعه حاضر، Fv/Fm در تیمارهای نوری ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید افزایش یافت. این نتیجه نشان می‌دهد که این ترکیبات نوری مورد بررسی در سطوح بدون تنش می‌تواند باعث توسعه سریع دستگاه فتوسنتز و مکانیسم‌های محافظت از نور در مراحل اولیه رشد گیاه شود. ماتسودا و همکاران (Matsuda *et al*., 2008) در اسفناج و علی‌نیایی فرد و سیفی کلهر (Aliniaeifard and Seifi Kalhor, 2017) در گیاه برگ بیدی (*Tradescantia virginiana*) نیز نشان دادند که افزایش نسبت نور آبی به قرمز باعث افزایش سطح نقطه اشباع نوری نشد. گیاهان پرورش یافته تحت نور آبی مقدار کلروفیل پائین‌تری نسبت به گیاهان پرورش یافته تحت نور ترکیبی دارند و در نتیجه فتوسنتز و رشد آنها نیز کمتر است. یکی از دلایل کاهش فتوسنتز در اثر نور آبی ممکن است افزایش اتلاف انرژی نورانی به صورت گرما و حفاظت حاصله به علت فعال شدن فرونشاندن غیرفتوشیمیائی در گیاه باشد (Aliniaeifard and Seifi Kalhor, 2017).

بررسی شاخص حداکثر فلورسانس متغیر نسبی (F_M/F_0) در گیاهان تحت تیمارهای نوری مختلف نشان داد که بیشترین میزان آن در تیمارهای نوری ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید حاصل شد که به‌ترتیب ۴۰/۲۸، ۳۲/۴۶ و ۲۹/۲۷ درصد بیشتر از شاهد بود (شکل ۲). سایر تیمارهای نوری تفاوت معنی‌داری با یکدیگر و شاهد نشان ندادند (شکل ۲). مقادیر بالای F_M/F_0 نشان‌دهنده گیاهانی است که در شرایط تیمار نوری مقاومت و رشد بهتری نشان دادند. کمترین مقادیر F_M/F_0 در شاهد و تیمار ۱۰۰ درصد نور آبی و ۳۰ درصد آبی+ ۵۰ درصد قرمز و ۲۰ درصد سفید حاصل شد (شکل ۲). بنابراین شاخص حداکثر فلورسانس متغیر نسبی تحت تاثیر تیمارهای مختلف نوری واقع شد. کاهش میزان F_M/F_0 در اثر نور آبی و ترکیب نامناسب آبی، قرمز و سفید مشاهده شد.

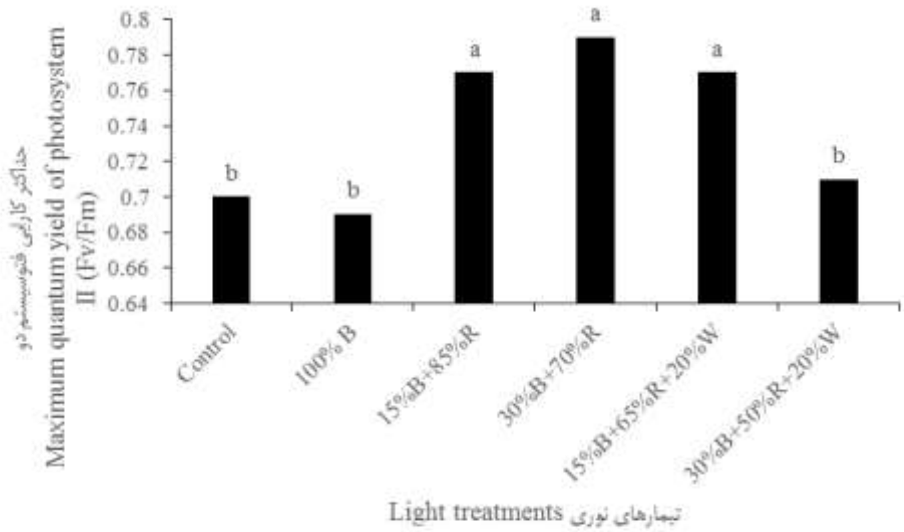
جدول ۱- اثر تیمارهای نوری بر برخی خصوصیات فتوسنتزی گیاه گل‌سنگ

Table 1- The effect of different light treatments on photosynthetic characteristics of *Hypoestes phyllostachya*

منابع تغییرات S.O.V	درجه آزادی df	حداکثر فلورسانس نسبی متغیر Fm/F0	حداکثر کارایی فتوسیستم II Fv/Fm	فلئورسانس متغیر نسبی در مرحله حد واسط J V_J	فلئورسانس متغیر نسبی در مرحله حد واسط I V_I	حداکثر کارایی کوانتومی فتوسیستم Φ_{P0}	جذب نور به ازای هر مرکز واکنش ABS/RC	گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش TR_0/RC	انتقال الکترون به ازای هر مرکز واکنش ET_0/RC	اتلاف انرژی به‌ازای هر مرکز واکنش DI_0/RC	شاخص عملکرد PI_{ABS}
		میانگین مربعات Mean squares									
تیمارهای نوری Light treatments	5	1.36**	0.005**	0.13*	0.003*	0.005**	0.39**	0.12**	0.005^{ns}	0.01**	2.59**
خطا Error	12	0.12	0.0004	0.003	0.001	0.0004	0.05	0.01	0.01	0.01	0.33
ضریب تغییرات C.V (%)	-	8.67	2.93	14.79	4.24	2.93	8.74	6.84	11.58	16.39	29.57

ns، ** و * به ترتیب عدم معنی‌داری، و معنی‌دار در سطح احتمال ۱ و ۵ درصد.

ns, ** and *: non-significant, significant at $p \leq 0.01$ and $p \leq 0.05$, respectively



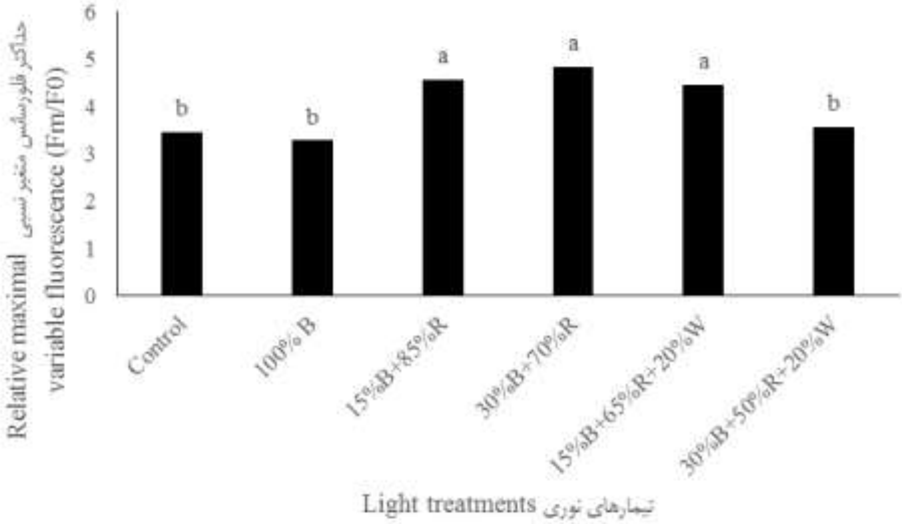
شکل ۱- حداکثر کارائی فتوسیستم II (Fv/Fm) برای گیاه گل‌سنگ در تیمارهای نوری مختلف (Control: شاهد نور معمولی گلخانه، 100% B: ۱۰۰درصد نور آبی، 15% B +85% R: ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، 30% B +70% R: ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، 15% B +65% R + 20% W: ۱۵درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و 30% B +50% R + 20% W: ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید)

Figure 1- The maximum quantum yield of photosystem II (Fv/Fm) for *Hypoestes phyllostachya* in different light treatments. (Control: Greenhouse light, 100% B (Blue), 15% B (Blue) +85% R (Red), 30% B (Blue) +70% R (Red), 15% B (Blue) +65% R (Red) + 20% W (White) and 30% B (Blue) +50% R (Red) + 20% W (White)). (DMRT, $p \le 0.05$).

این کاهش می‌تواند مربوط به آسیب رساندن به مراکز واکنش و افزایش تعداد مراکز واکنش غیرفعال باشد که منجر به افزایش فلورسانس و همچنین کاهش انتقال انرژی تحریک‌شده از مجموعه آنتن به سمت مراکز واکنش شود (Aliniaeifard *et al*., 2018 ; Kalaji *et al*., 2016). ثابت شده است که اثر نور آبی بر باز کردن روزنه‌ها وابسته به مزوفیل نمی‌باشد و این نور قابلیت این را دارد که به‌طور مستقیم باعث متورم شدن سلول‌های نگهبان روزنه و در نتیجه باز شدن آنها شود. این نتایج توسط آزمایش‌های انجام شده روی سلول‌های نگهبان روزنه جدا شده از مزوفیل که در معرض نور آبی قرار گرفتند، به‌دست آمد. نور قرمز قابلیت متورم نمودن سلول‌های نگهبان روزنه جدا شده از مزوفیل را نداشت (Mott, 2009). نور آبی می‌تواند باعث ورود پتاسیم به سلول‌های (نگهبان روزنه و خروج پروتون) با فعال‌سازی پمپ‌های پروتونی غشای پلاسمائی و در نتیجه باز شدن روزنه گردد (Mott, 2009). در شرایط ایده‌آل و بدون تنش اضافی، استخر PSII کل می‌تواند بدون بازدارندگی نوری قابل تشخیص کاملاً غیرفعال شده و بازیابی شود (Aliniaeifard *et al*., 2018). در صورتی‌که گیاهان تحت تنش‌هایی مانند کمبود آب قرار گیرند، ممکن است جمعیت زیادی از سلول‌های غیر فعال PSII در داخل پشته‌های تیلاکوئید جمع شوند و باعث اتلاف انرژی نور تحت شرایط بازدارندگی نوری شوند (Bayat *et al*., 2018). صدمه به غشای تیلاکوئید و غیرفعال سازی مراکز واکنش PSII انتقال انرژی بالادست PSII را محدود می‌کند (Rapacz *et al*., 2015).

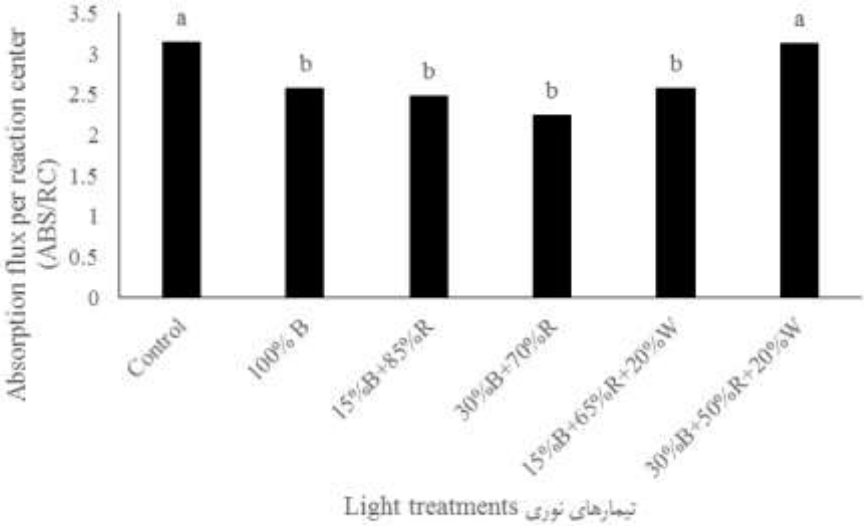
فاز افزایش O-J به پلاستوکینون (PQ) مرتبط است که کاملاً به احیا QA متصل است؛ فاز J–I در منحنی OJIP ناشی از تجمع QA– QB–است و نشان دهنده احیا استخر PQ است. فاز I تا P نشان دهنده کاهش سمت پذیرنده PSI است (Neelam and Subramanyam , 2013; Strasser *et al*., 2000). شار انرژی ویژه در هر مرکز واکنش (RC) که توسط میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC)، گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش (TR_0/RC)و انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC) اندازه‌گیری می‌شود بر اساس خروجی القای سریع فلورسانس کلروفیل اندازه‌گیری شد.

نتایج تجزیه واریانس نشان داد که بین میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC) در گیاهان تحت تیمار تفاوت معنی‌داری در سطح احتمال یک درصد وجود دارد (جدول ۱). میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC) در گیاهان تحت تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و نیز شاهد بیشتر از سایر تیمارها بود (شکل ۳). سایر تیمارهای نوری با یکدیگر تفاوت معنی‌داری نشان ندادند (شکل ۳).



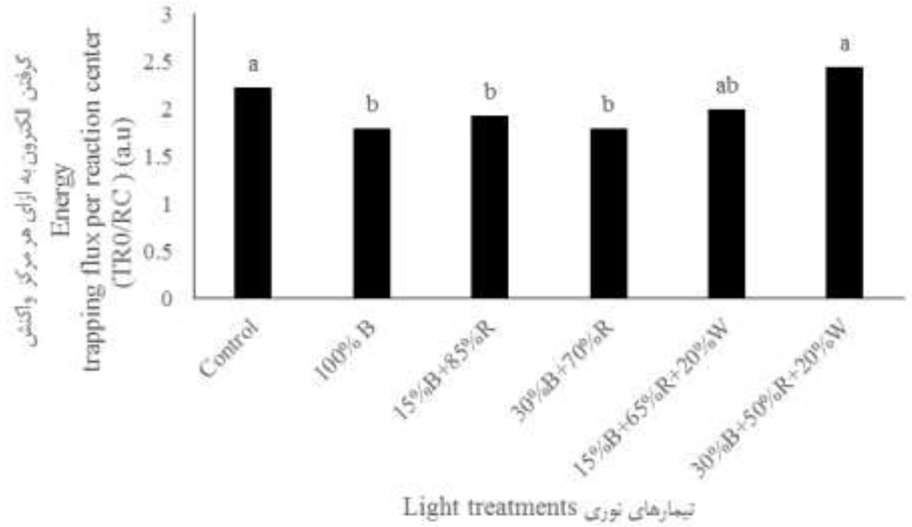
شکل ۲- حداکثر فلورسانس متغیر نسبی (Fm/F0) برای گیاه گل‌سنگ در تیمارهای نوری مختلف (Control: شاهد نور معمولی گلخانه، 100% B: ۱۰۰درصد نور آبی، 15% B +85% R: ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، 30% B +70% R: ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، 15% B +65% R + 20% W: ۱۵درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و 30% B +50% R + 20% W: ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید)

Figure 2- The maximum of relative variable fluorescence (Fm/F0) for *Hypoestes phyllostachya* in different light treatments. (Control: Greenhouse light, 100% B (Blue), 15% B (Blue) +85% R (Red), 30% B (Blue) +70% R (Red), 15% B (Blue) +65% R (Red) + 20% W (White) and 30% B (Blue) +50% R (Red) + 20% W (White)). (DMRT, $p \leq 0.05$).



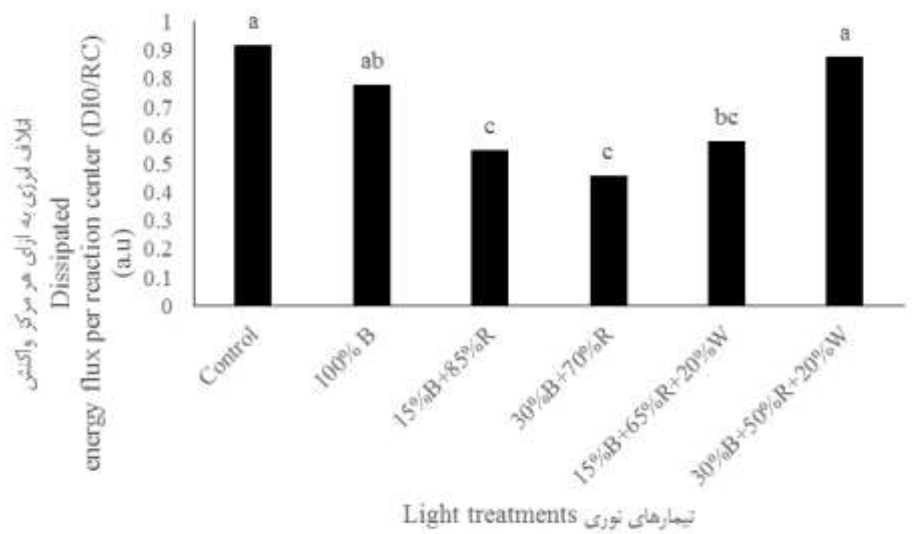
شکل ۳- جذب نور به ازای هر مرکز واکنش برای گیاه گل‌سنگ در تیمارهای نوری مختلف (Control: شاهد نور معمولی گلخانه، 100% B: ۱۰۰درصد نور آبی، 15% B +85% R: ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، 30% B +70% R: ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، 15% B +65% R + 20% W: ۱۵درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و 30% B +50% R + 20% W: ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید)

Figure 3- The absorption flux per reaction center (ABS/RC) for *Hypoestes phyllostachya* in different light treatments. (Control: Greenhouse light, 100% B (Blue), 15% B (Blue) +85% R (Red), 30% B (Blue) +70% R (Red), 15% B (Blue) +65% R (Red) + 20% W (White) and 30% B (Blue) +50% R (Red) + 20% W (White)). (DMRT, $p \leq 0.05$).



شکل ۴- گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش برای گیاه گل‌سنگ در تیمارهای نوری مختلف (Control: شاهد نور معمولی گلخانه، 100% B: ۱۰۰درصد نور آبی، 15% B +85% R: ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، 30% B +70% R: ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، 15% B +65% R + 20% W: ۱۵درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و 30% B +50% R + 20% W: ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید)

Figure 4- The energy trapping flux per reaction center (TR0/RC) for *Hypoestes phyllostachya* in different light treatments. (Control: Greenhouse light, 100% B (Blue), 15% B (Blue) +85% R (Red), 30% B (Blue) +70% R (Red), 15% B (Blue) +65% R (Red) + 20% W (White) and 30% B (Blue) +50% R (Red) + 20% W (White)). (DMRT, *p≤0.05*).



شکل ۵- اتلاف انرژی به ازای هر مرکز واکنش برای گیاه گل‌سنگ در تیمارهای نوری مختلف ((Control: شاهد نور معمولی گلخانه، 100% B: ۱۰۰درصد نور آبی، 15% B +85% R: ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، 30% B +70% R: ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، 15% B +65% R + 20% W: ۱۵درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و 30% B +50% R + 20% W: ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید)

Figure 5- The dissipated energy flux per reaction center (DI0/RC) for *Hypoestes phyllostachya* in different light treatments. (Control: Greenhouse light, 100% B (Blue), 15% B (Blue) +85% R (Red), 30% B (Blue) +70% R (Red), 15% B (Blue) +65% R (Red) + 20% W (White) and 30% B (Blue) +50% R (Red) + 20% W (White)). (DMRT, *p≤0.05*).

نتایج حاصله با نتایج بیات و همکاران (Bayat *et al.*, 2020) در رز مطابقت داشت. از دلایل افزایش ABS/RC تخریب کلروفیل از طریق پیری زودرس برگ ناشی از تنش (Boureima *et al.*, 2012) و گروه‌بندی مجدد آنتن از مراکز واکنش غیرفعال PSII به فعال می‌باشد (Kalaji *et al.*, 2016). از این رو، افزایش چشم‌گیر ABS/RC در تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و شاهد را می‌توان مربوط به کاهش اندازه موثر آنتن و همچنین غیرفعال‌سازی PSII دانست (Çiçek *et al.*, 2019). در تیمارهای مذکور، ممکن است طیف نوری مورد بررسی از طریق تخریب کلروفیل‌ها موجب ایجاد تنش و افزایش میزان ABS/RC شده باشد.

در جدول ۱ تیمارهای مختلف نوری در میزان انتقال الکترون به مرکز واکنش (ET_0/ RC) تفاوت معنی‌داری نشان ندادند. در شرایط تنش نوری به‌علت ایجاد اختلاف در مرکز احیا کوئینون A، گیاه با فرونشانی مازاد انرژی از آسیب به دستگاه فتوسنتز محافظت می‌کند (Zivcak *et al.*, 2014).

نتایج پژوهش حاضر نشان داد که میزان گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش (TR_0/RC) و انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC) در گیاهان تحت تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و نیز شاهد افزایش یافت و سایر تیمارها تفاوت معنی‌داری با یکدیگر نشان ندادند (شکل ۴ و ۵). نتایج تجزیه واریانس در گیاهان مورد بررسی نشان داد که بین تیمارهای مختلف اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال یک درصد وجود دارد (جدول ۱). نتایج به‌دست آمده با نتایج بیات و همکاران (Bayat *et al.*, 2020) در رز همخوانی نشان داد.

علی‌رغم ABS/RC بالا، مقادیر خیلی بالای DI_0/RC در اثر سطوح پائین انتقال الکترون در مرکز واکنش PSII یعنی ET_0/ RC رخ می‌دهد. این کاهش ممکن است از کاهش بیش از حد زنجیره انتقال الکترون[1] جلوگیری کرده و همچنین از اتلاف انرژی بیش از حد برای به حداقل رساندن آسیب فتواکسیداتیو در غشای تیلاکوئید، جلوگیری کند (Guha *et al.*, 2013). DI0/RC مربوط به غیرفعال سازی جزئی مراکز واکنش PSII است. این پارامتر آزمون OJIP معمولاً هنگامی افزایش می‌یابد که مراکز واکنش PSII نتوانند انرژی را در بالادست PSII به‌عنوان یک نتیجه از آسیب رساندن به غشای تیلاکوئید منتقل کند (Rapacz *et al.*, 2015).

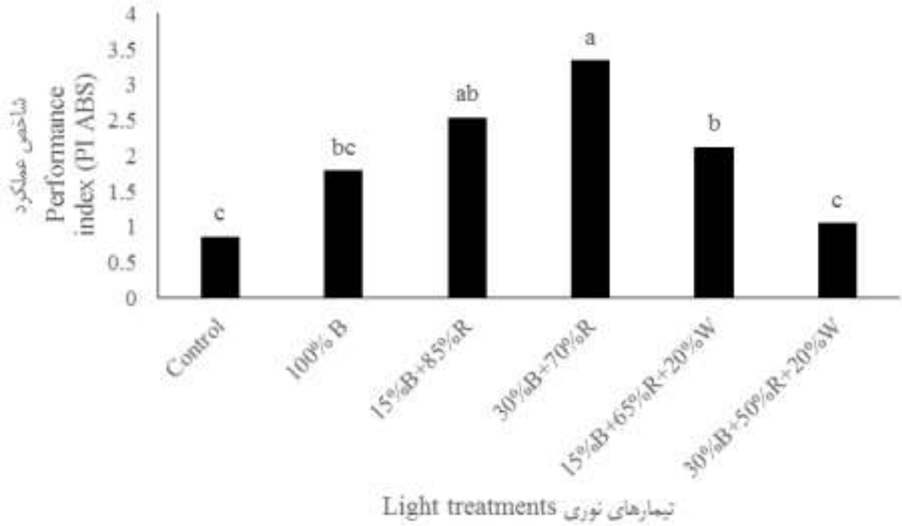
تیمارهای مختلف نوری در شاخص عملکرد (PI_{ABS}) اختلاف معنی‌داری در سطح احتمال یک درصد نشان دادند (جدول ۲). شاخص عملکرد بر پایه جذب انرژی نورانی در تیمار ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز بالاتر بود به‌طوری‌که ۷۴/۲۵ درصد بیشتر از شاهد بود (شکل ۶). کمترین شاخص عملکرد در تیمارهای شاهد و ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید به‌دست آمد (شکل ۶). PIABS نسبت به تغییر غلظت مراکز واکنش، فتوشیمی اولیه و انتقال الکترون حساس است. تغییرات در جذب و به دام انداختن انرژی در نتیجه قرار گرفتن در معرض شدت نور کم می‌تواند بر PIABS تأثیر منفی بگذارد. کاهش PIABS عمدتاً ناشی از کاهش کارایی فتوشیمیایی یا انتقال الکترون فتوسنتز در شدت نور کم است. این نشان می‌دهد که ساختار سیستم، فعالیت بالقوه PSII، بازدارندگی نوری فتوسنتز و عملکرد PSII ممکن است تحت شدت نور کم آسیب ببیند یا نتواند کاملاً بالغ شود (Appenroth *et al.*, 2003; Meng *et al.*, 2016; Prioul *et al.*, 1980;). کاهش میزان PIABS ممکن است به‌دلیل جذب بیشتر انرژی نورانی (ABS/RC)، شار انرژی اتلاف شده (DI0/RC) و انتقال الکترون کمتر (ET0/RC) در هر مرکز واکنش باشد که در نتیجه منجر به کاهش عملکرد کوانتومی فوتون‌های جذب شده می‌گردد (Prioul *et al.*, 1980; Appenroth *et al.*, 2003). میزان ABS/RC، TR0/RC و DI0/RC در تیمارهای ۱۰۰ درصد نور آبی، ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید کاهش یافت (شکل ۳، ۴، ۵). از نظر کلی جریان ABS/RC به TR_0/RC، ET_0/RC و DI_0/RC تقسیم می‌شود و شار ABS به DI و TR تبدیل می‌شود. این نشان دهنده عملکرد کارآمد سیستم انتقال الکترون تحت تیمارهای ۱۰۰ درصد نور آبی، ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید می‌باشد که باعث کاهش نیروی تحریک در هر مرکز واکنش می‌شود و آن انرژی را بیشتر به سمت فتوسیستم I هدایت می‌کند. از آنجا که PIABSمی‌تواند به عنوان شاخص زندگی PSII استفاده شود، این نتایج حاکی از آن است که تیمار ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز بهترین و تیمارهای ۱۰۰ درصد نور آبی، ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید، تیمارهای مناسبی برای پشتیبانی از عملکرد طبیعی فتوسنتز می‌باشند.

نتیجه‌گیری

با توجه به اهمیت نور در پرورش گیاهان آپارتمانی خصوصا گل سنگ و تاثیر طیف مناسب نور در بهبود کارایی عملکرد فتوسنتز و وضعیت برگ‌ها، ارزیابی کارایی فتوسنتز با استفاده از آزمون OJIP

1- Electron Transport Chain (ETC)

روش مناسبی می‌باشد. بیشترین میزان شاخص حداکثر کارایی کوانتومی فتوسیستم II و حداکثر فلورسانس متغیر نسبی (F_M/F_0) در تیمارهای نوری ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید حاصل شد.



شکل ۶- شاخص عملکرد (PI_{ABS}) برای گیاه گل‌سنگ در تیمارهای نوری مختلف (Control: شاهد نور معمولی گلخانه، 100% B: ۱۰۰درصد نور آبی، 15% B +85% R: ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز، 30% B +70% R: ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز، 15% B +65% R + 20% W: ۱۵درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و 30% B +50% R + 20% W: ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید)

Figure 6- Th performance index (PI_{ABS}) for *Hypoestes phyllostachya* in different light treatments. (Control: Greenhouse light, 100% B (Blue), 15% B (Blue) +85% R (Red), 30% B (Blue) +70% R (Red), 15% B (Blue) +65% R (Red) + 20% W (White) and 30% B (Blue) +50% R (Red) + 20% W (White)). (DMRT, *p≤0.05*).

میزان جذب نور به ازای هر مرکز واکنش (ABS/RC) در گیاهان تحت تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و نیز شاهد بیشتر از سایر تیمارها بود. میزان گرفتن الکترون به ازای هر مرکز واکنش (TR_0/RC) و انرژی اتلاف شده به ازای هر مرکز واکنش (DI_0/RC) در گیاهان تحت تیمار نوری ۳۰ درصد نور آبی + ۵۰ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید و نیز شاهد افزایش یافت. شاخص عملکرد بر پایه جذب انرژی نورانی در تیمار ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز بالاتر بود. نتایج حاکی از آن است که تیمار ۳۰ درصد نور آبی + ۷۰ درصد نور قرمز بهترین و تیمارهای ۱۵ درصد نور آبی + ۸۵ درصد نور قرمز و ۱۵ درصد نور آبی + ۶۵ درصد نور قرمز + ۲۰ درصد نور سفید، تیمارهای مناسبی برای پشتیبانی از عملکرد طبیعی فتوسنتز می‌باشند. بر اساس نتایج، از آنجا که وجود نور برای انجام فرایند فتوسنتز ضروری می‌باشد، به نظر می‌رسد که نور آبی به‌دلیل کارائی کمتر برای انجام واکنش‌های فتوشیمیائی باعث کاهش مقدار فتوسنتز نسبت به شرایط نور ترکیبی (قرمز، آبی و سفید) می‌گردد.

منابع

1. Akoyunoglou, G., & Anni, H. (1984). Blue light effect on chloroplast development in higher plants. In: Senger H. (ed.), Blue Light Effects in Biological Systems. *Springer-Verlag, Berlin*, pp. 397–406.
2. Aliniaeifard, S., Seif, M., Arab, M., Zare Mehrjerdi, M., Li, T., & Lastochkina, O. (2018). Growth and photosynthetic performance of *Calendula officinalis* under monochromatic red light. *International Journal of Horticultural Science* 5: 123–132. https://doi.org/10.22059 /ijhst .2018.26104 2.248.
3. Aliniaeifard, S., & Seifi Kalhor, M. (2017). Effects of blue light on photosynthesis of *Tradescantia virginiana* plants grown in different VPDs. *Journal of Plant Research (Iranian Journal of Biology) 30*(2): 420-428. (In Persian with English abstract)
4. Appenroth, K.J., Keresztes, A., Sarvari, E., Jaglarz, A., & Fischer, W. (2003). Multiple effects of chromate on

Spirodela polyrhiza: electron microscopy and biochemical investigations. *Plant Biology* 5: 315–323.
5. Baker, N.R., & Rosenqvist, E. (2004). Applications of chlorophyll fluorescence can improve crop production strategies: an examination of future possibilities. *Journal of Experimental Botany* 55: 1607-1621.
6. Baker, N.R. (2008). Chlorophyll fluorescence: a probe of photosynthesis in vivo. *Annual Review of Plant Biology 59*:89–113.
7. Bayat, L., Arab, M., Aliniaeifard, S., Seif, M., Lastochkina, O., & Li, T. (2018). Effects of growth under different light spectra on the subsequent high light tolerance in rose plants. *AoB Plants* 10: 052. https://doi.org/10.1093/aobpl a/ply05 2.
8. Bayat, L., Arab, M., & Aliniaeifard, S. (2020). Effects of different light spectra on high light stress tolerance in rose plants (*Rosa hybrida* cv. 'Samurai'). *Journal of plant processes and function 9*(36): 93-103. URL: http://jispp.iut.ac.ir/article-1-1146-fa.html. (In Persian with English abstract)
9. Boureima, S., Oukarroum, A., Diouf, M., Cisse, N., & Van Damme, P. (2012). Screening for drought tolerance in mutant germplasm of sesame (*Sesamum indicum*) probing by chlorophyll a fluorescence. *Environmental and Experimental Botany* 81: 37–43. https://doi.org/10.1016/j.envex pbot.2012.02.015.
10. Çiçek, N., Pekcan, V., Arslan, Ö., Erdal, Ş.Ç., Nalçaiyi, A.S.B., Çil, A.N., Şahin, V., Kaya, Y., & Ekmekçi, Y. (2019). Assessing drought tolerance in field-grown sunflower hybrids by chlorophyll fluorescence kinetics. *Brazilian Journal of Botany* 42: 249–260. https://doi.org/10.1007/s4041 5-019-00534-1.
11. Fan, X.X., Xu, Z.G., Liu, X.Y., Tang, C.M., Wang, L.W., & Han, X.L. (2013). Effects of light intensity on the growth and leaf development of young tomato plants grown under a combination of red and blue light. *Scientia Horticulturae* 153: 50-55. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.01.017.
12. Franklin, K.A., & Whitelam, G.C. (2005). Phytochromes and shade-avoidance responses in plants. *Annals of Botany* 96: 169-175. https://doi.org/10.1093/aob/mci165.
13. Fukuda, N., Ajima, C., Yukawa, T., & Olsen, J. (2016). Antagonistic action of blue and red light on shoot elongation in petunia depends on gibberellin, but the effects on flowering are not generally linked to gibberellin. *Environmental and Experimental Botany* 121: 102-111. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2015.06.014.
14. Ghasemi Ghehsareh, M., & Kafi, M. (2015). Volume Two: *Scientific and Practical floriculture* (Second Edition). Publishing Author, Iran.
15. Goins, G.D., Yorio, N.C., Sanwo, M.M., & Brown, C.S. (1997). Photomorphogenesis, photosynthesis, and seed yield of wheat plants grown under red light-emitting diodes (LEDs) with and without supplemental blue lighting. *Journal of Experimental Botany* 48: 1407-1413.
16. Guha, A., Sengupta, D., & Reddy, A.R. (2013). Polyphasic chlorophyll a fluorescence kinetics and leaf protein analyses to track dynamics of photosynthetic performance in mulberry during progressive drought. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology* 119: 71-83. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2012.12.006.
17. Heijde, M., & Ulm, R. (2012). UV-B photoreceptor-mediated signaling in plants. *Trends in Plant Science* 17: 230-237. https://doi.org/10.1016/j.tplants.2012.01.007.
18. Hogewoning, S.W., Trouwborst, G., Maljaars, H., Poorter, H., van Ieperen, W., & Harbinson, J. (2010). Blue light dose-responses of leaf photosynthesis, morphology, and chemical composition of *Cucumis sativus* grown under different combinations of red and blue light. *Journal of Experimental Botany* 61: 3107-3117. https://doi.org/10.1093/jxb/erq132.
19. Jeong, S.W., Hogewoning, S.W., & van Ieperen, W. (2014). Responses of supplemental blue light on flowering and stem extension growth of cut chrysanthemum. *Scientia Horticulturae* 165: 69-74. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2013.11.006.
20. Kalaji, H.M., Jajoo, A., Oukarroum, A., Brestic, M., Zivcak, M., Samborska, I.A., Cetner, M.D., Łukasik, I., Goltsev, V., & Ladle, R.J. (2016). Chlorophyll a fluorescence as a tool to monitor physiological status of plants under abiotic stress conditions. *Acta Physiologiae Plantarum* 38: 102. https://doi.org/10.1007/s11738-016-2113-y.
21. Kim, H.H., Goins, G.D., Wheeler, R.M., & Sager, J.C. (2004). Green-light supplementation for enhanced lettuce growth under red- and blue-light-emitting diodes. *Horticultural Science* 39: 1617-1622.
22. Lee, T., Woo, S., Kwak, M., Inkyin, K., Lee, K., Jang, J., & Kim, I. (2016). Photosynthesis and chlorophyll fluorescence responses of *Populus sibirica* to water deficit in a desertification area in Mongolia. *Photosynthetica* 54: 317–320
23. Lichtenthaler, H., Langsdorf, G., Lenk, S., & Buschmann, C. (2005). Chlorophyll fluorescence imaging of photosynthetic activity with the flash-lamp fluorescence imaging system. *Photosynthetica* 43: 355–369.
24. Lichtenthaler, H.K., Ač, A., Marek, M.V., Kalina, J., & Urban, O. (2007). Differences in pigment composition, photosynthetic rates and chlorophyll fluorescence images of sun and shade leaves of four tree species. *Plant Physiology and Biochemistry* 45: 577–588
25. Matsuda, R., Ohashi-Kaneko, K., Fujiwara, K., & Kurata, K. (2008). Effects of blue light deficiency on acclimation of light energy partitioning in PSII and CO_2 assimilation capacity to high irradiance in spinach leaves. *Plant Cell Physiology* 49: 664-670. https://doi.org/10.1093/pcp/pcn041.
26. Meng, L.L., Song, J.F., Wen, J., Zhang, J., & Wei, J.H.J.P. (2016). Effects of drought stress on fluorescence

characteristics of photosystem II in leaves of *Plectranthus scutellarioides*. *Photosynthetica* 54: 414–421. https:doi.org/10.1007/s11099-016-0191-0.

27. Morrow, R.C. (2007). LED light in horticulture. *Horticultural Science* 43: 1947-1950. https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1947.
28. Mott, K.A. (2009). Opinion: Stomatal responses to light and CO_2 depend on the mesophyll. *Plant Cell & Environment* 32: 1479-1486. https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2009.02022.x.
29. Neelam, S., & Subramanyam, R. (2013). Alteration of photochemistry and protein degradation of photosystem II from *Chlamydomonas reinhardtii* under high salt grown cells. *Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology* 124*:* 63–70. https://doi.org/10.1016/j.jphotobiol.2013.04.007.
30. Nhut, D.T., Takamura, T., Watanabe, H., Okamoto, K., & Tanaka, M. (2003). Responses of strawberry plantlets cultured in vitro under super bright red and blue light-emitting diodes (LEDs*). Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 73: 43-52. https://doi.org/10.1023/A:1022638508007.
31. Oukarroum, A., El Madidi, S., Schansker, G., & Strasser, R.J. (2007). Probing the responses of barley cultivars (*Hordeum vulgare* L.) by chlorophyll a fluorescence OLKJIP under drought stress and re-watering. *Environmental and Experimental Botany* 60*:* 438–446
32. Prioul, J.L., Brangeon, J., & Reyss, A. (1980). Interaction between external and internal conditions in the development of photosynthetic features in a grass leaf: I. Regional responses along a leaf during and after low-light or high-light acclimation. *Plant Physiology* 66: 762–769
33. Rapacz, M., Sasal, M., Kalaji, H.M., & Kościelniak, J. (2015). Is the OJIP Test a Reliable Indicator of Winter Hardiness and Freezing Tolerance of Common Wheat and Triticale under Variable Winter Environments? *PloS one;* 10: e0134820. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0134820.
34. Runkle, E., & Blanchard, M. (2010). Use of lighting to accelerate crop timing. Greenhouse Grower, Available at: http:// www.flor.hrt.msu.edu/assets/PdfAttachments/Runkle-Blanchard-UseofLighting.pdf. (Visited 14 November 2018).
35. Saebo, A., Krekling, T. & Appelgren, M. (1995). Light quality affects photosynthesis and leaf anatomy of brich plantlets in vitro. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 41: 177–185.
36. Souza, R., Machado, E., Silva, J., Lagôa, A., & Silveira, J. (2004). Photosynthetic gas exchange, chlorophyll fluorescence and some associated metabolic changes in cowpea (*Vigna unguiculata*) during water stress and recovery. *Environmental and Experimental Botany* 51: 45–56. https://doi.org/10.1016/S0098-8472(03)00059-5.
37. Strasser, R.J., Srivastava, A., & Tsimilli-Michael, M. (2000). The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. *Probing Photosynthesis: Mechanisms, Regulation and Adaptation* 25: 445-483.
38. Whitelam, G.C., & Halliday, K.J. (2008). Light and Plant Development. *Annual Plant Reviews*. Vol. 30. John Wiley & Sons.
39. Yeh, N., & Chung, J.P. (2009). High-brightness LEDs-energy efficient lighting sources and their potential in indoor plant cultivation. *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 13: 2175-2180. https://doi.org/10.1016/j.rser.2009.01.027.
40. Yu, W., Liu, Y., Song, L., Jacobs, D.F., Du, X., Ying, Y., Shao, Q., & Wu, J. (2017). Effect of differential light quality on morphology, photosynthesis, and antioxidant enzyme activity in *Camptotheca acuminata* seedlings. *Journal of Plant Growth Regulation* 36: 148-160. https://doi.org/10.1007/s00344-016-9625-y.
41. Zivcak, M., Brestic, M., & Kalaji, H.M. (2014). Photosynthetic responses of sun-and shade-grown barley leaves to high light: is the lower PSII connectivity in shade leaves associated with protection against excess of light? *Photosynthesis research* 119: 339-354. https://doi.org/10.1007/s11120-014-9969-8.